MANEJO ALTERNATIVO DE ÁCARO RAJADO UTILIZANDO *Beauveria bassiana* LIOFILIZADA

Carolina Guedes Luppi[1]; Márcia Breda dos Santos[1], Selena Nascimento de Andrade[1], Onicia Valentin Santos[1]; Beatriz Mamendes Piffer Holtz[2], Ronilda Lana Aguiar[1], Selma Garcia Holtz[1], Andersson Mathias Holtz[1] .

[1]Instituto Federal do Espírito Santo/Campus Itapina, Rodovia BR 259 - KM 70 - Trecho Colatina X Baixo Guandu, Distrito de Itapina, Zona Rural, 29717-000-ES, Brasil, carolinaglestudo@gmail.com .
[2]Departamento de Entomologia, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa-MG, Brasil

Resumo

O ácaro-rajado, *Tetranychus urticae*, é uma importante praga agrícola que atinge culturas como o morango e mamão. Seus hábitos fitófagos causam graves prejuízos econômicos, seu controle geralmente é químico sintético e realizado de forma errada pode favorecer a seleção de populações resistentes. Este trabalho avaliou o efeito acaricida de extratos enzimáticos liofilizados de *Beauveria bassiana* sobre fêmeas adultas de *T. urticae*. Foram testadas diferentes concentrações do extrato, com avaliações da mortalidade após 24, 48 e 72 horas. O extrato apresentou efeito satisfatório no controle do organismo. A análise Probit estimou CL_{50} de 0,28% e CL_{90} de 2,22%, tendo nas primeiras 24h uma mortalidade de 75% nas concentrações mais altas. Os resultados demonstram o potencial dos extratos enzimáticos de *B. bassiana* liofilizada no controle de *T. urticae*. Este resultado apresenta o extrato como alternativa para o manejo do ácaro-rajado.

Palavras-chave: Controle alternativo. Fungos enteropatogênicos. *Tetranychus urticae*.

Área do Conhecimento: Engenharia Agronômica

Introdução

O ácaro rajado, *T. urticae*, é amplamente reconhecido como uma praga que afeta várias culturas de grande relevância econômica, incluindo cultivos extensivos de soja e algodão, culturas hortícolas, frutíferas e ornamentais (Maciel *et al.,* 2019; Perressim *et al.,* 2022). Nesse contexto, o ácaro-rajado é considerado um problema nos cultivos de hortícolas e na fruticultura do Espírito Santo, como por exemplo, a cultura do morango e mamão.

O ácaro rajado perfura as células da epiderme foliar e se alimenta do conteúdo celular extravasado, o que causa manchas cloróticas que se espalham pelo limbo foliar e se tornam amareladas e bronzeadas que podem promover a perda de folhas e, em condições mais críticas, a morte da planta (Wurlitzer *et al.,* 2021).

São registrados diversos produtos químicos sintéticos para combater essa praga em diferentes culturas (Agrofit, 2026). Porém, devido ao ciclo de vida rápido do ácaro-rajado e a ocorrência de populações numerosas, bem como o uso indiscriminado de agrotóxicos, a resistência a acaricidas é rapidamente induzida.

O uso de bioacaricidas a base de fungos entomopatogênicos é relatada ao longo da história apresentando alta taxa de virulência sobre organismos pragas e baixa ou nenhuma toxicidade aos seres humanos e ao ambiente, apresentando atividade inseticida e acaricida sobre diferentes pragas agrícolas, como a broca da bananeira (Almeida *et al.,* 2021), cochonilhas (Borghi *et al.,* 2018), ácaro rajado (Moro *et al.,* 2020)

Apesar dos fungos apresentarem uma taxa de infecção alta, a eficiência de métodos de controle com esses organismos depende de microclimas específicos, incluindo alta umidade, temperatura e radiação solar baixas, restringindo as possibilidades desse manejo (Mora, Castilho & Fraga, 2016; Oliveira *et al.,* 2016). Diante disso, formulações de enzimas e metabólitos secretados por fungos entomopatogênicos são vantajosos por não dependerem da sobrevivência do fungo no

ambiente, atuando diretamente sobre o organismo alvo. Contudo, há poucos estudos sobre a toxicidade dos extratos enzimáticos sobre insetos e ácaros-praga sendo necessárias pesquisas sobre essa tecnologia.

Objetivo

Dessa forma, propõe-se neste projeto avaliar o efeito acaricida de extratos enzimáticos liofilizados a partir de fungos entomopatogênicos em diferentes concentrações para o manejo de *T. urticae* em condições laboratoriais.

Metodologia

Criação e manutenção do ácaro rajado (*T. urticae*)

Para infestação inicial, folíolos infestados com o ácaro rajado são colocados em contato com as mudas de feijão de porco (*Canavalia ensiformis)* para que os indivíduos migrem para estas plantas. A manutenção da criação consiste no cuidado com as mudas de feijão, atentando-se para a irrigação e exposição ao sol regularmente. Além disso, é importante sempre observar as suas condições. Quando as mudas atingirem um grau elevado de infestação ou quando estas não apresentarem boas condições (maior parte da área vegetal necrosada), os indivíduos devem ser redistribuídos para novas mudas.

Montagem das unidades experimentais

As unidades experimentais são compostas por placa de Petri (10,0 x 1,2 cm), contendo algodão umedecido com água destilada sobreposta com discos de folha de feijão de porco com cerca de 4 cm de diâmetro, delimitadas por algodão umedecido para manter a turgescência da folha e evitar a fuga dos ácaros. As arenas são mantidas em câmaras climatizadas do tipo B.O.D., à temperatura de 25 ± 1 ºC, umidade relativa 70 ± 10% e fotofase de 12 horas.

Nos bioensaios, para a obtenção dos ácaros na fase adulta, foram transferidas 40 fêmeas adultas e 2 machos para placas de Petri (14,0 x 1,5 cm) contendo algodão umedecido com água destilada sobreposta com folhas de mudas de feijão de porco previamente cortadas com tamanho correspondente a placa de Petri, delimitadas por algodão umedecido para manter a turgescência da folha e evitar a fuga dos ácaros. Os ácaros serão mantidos por 24 horas, nas condições descritas anteriormente, para obtenção de ovos de mesma idade. Após esse período, os adultos são retirados e os ovos mantidos em condições adequadas por aproximadamente 20 ⎯ 25 dias, tempo necessário para conclusão da fase imatura da espécie (ovo ⎯ adulto), dessa forma são obtidos indivíduos com idade e fase de desenvolvimento padronizada. Após esse período 10 fêmeas adultas de *T. urticae* são transferidas para arena, montada conforme descrito anteriormente. A ocorrência de eventual mortalidade, devido ao processo de transferência, foi verificada durante um período de 2 horas, procedendo-se à reposição dos espécimes mortos antes do início da aplicação dos bioacaricidas.

Obtenção de enzimas

Conídios de *Beauveria bassiana* são obtidos do produto comerciaL Boveril®. Os conídios foram ressuspendidos em água destilada estéril para preparação da suspensão de esporos. As suspensões de esporos de *B. bassiana* são adicionadas em frascos contendo 50 mL de meio líquido de acordo com a metodologia descrita Meyer & Wiebe (2003) para proteases, Tikhonov *et al.* (2002) para quitinases e Oliveira (2013) para lipases, contendo os seguintes componentes: glicose, caseína (proteases), quitina coloidal (quitinases), óleo de oliva (lipases), K2HPO4, MgSO4 ZnSO4; FeSO4 e CuSO4 em concentrações variadas de acordo com o tratamento estatístico. Os frascos erlenmeyers contendo o inóculo fúngico crescerão em shaker com temperatura e pH controlados. Os extratos produzidos foram filtrados, centrifugados a 10.000 g e congelados a -18°C. Em sequência, os extratos obtidos passaram pelo processo de liofização durante 48 horas, onde se obteve um produto em pó que foi armazenado em sacos herméticos.

Ação enzimática sobre *T. urticae*

As concentrações foram obtidas partir de uma escala logarítmica, sendo elas : 0; 0,5; 0,12; 1,25; 2; 3,15; 5% . Foram realizadas diluições do extrato liofilizado de *B. bassiana* a partir da escala apresentada e aplicadas em adultos de *T. urticae*. Cada tratamento foi composto por 10 repetições, com 10 indivíduos de *T. urticae* por repetição. As unidades experimentais foram compostas por uma placa de Petri (10,0 x 1,2 cm), contendo algodão umedecido com água destilada sobreposta com discos de folha de feijão-de-porco com cerca de 4 cm de diâmetro, delimitadas por algodão umedecido para manter a turgescência da folha e evitar a fuga dos ácaros. As arenas foram mantidas em câmaras climatizadas do tipo B.O.D., à temperatura de 25 ± 1 ºC, umidade relativa 70 ± 10% e fotofase de 12 horas. A pulverização foi realizada utilizando um aerógrafo modelo Alfa 2, conectado a um compressor calibrado com pressão constante de 1.3 bar e 1 mL de solução de cada concentração para cada repetição. As unidades experimentais foram mantidas em câmaras climatizadas à temperatura de 25 ± 1º C, umidade relativa 70 % ± 10 e fotofase de 12 h. O efeito bioacaricida do extrato foi avaliado 24, 48 e 72 horas após as pulverizações.

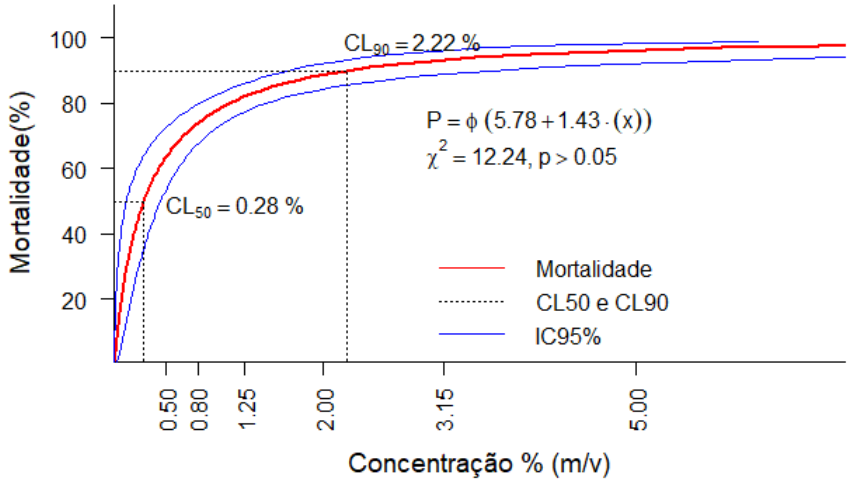
Estatística

Os dados de mortalidade foram analisados por meio de duas abordagens complementares. Primeiramente, foi realizada análise de regressão Probit utilizando a mortalidade cumulativa registrada 72 h após a aplicação como desfecho final, a fim de estimar as concentrações letais necessárias para causar 50% e 90% de mortalidade na população (CL_{50} e CL_{90}, respectivamente). As concentrações foram expressas em % m/v e inseridas no modelo em sua escala original de concentração.
Em seguida, foi realizada análise de sobrevivência para avaliar a dinâmica temporal da mortalidade entre os tratamentos ao longo do período de avaliação. Os registros de mortalidade obtidos às 24, 48, e 72 h após a pulverização foram utilizados para construir o objeto de sobrevivência. As curvas de sobrevivência foram comparadas entre os tratamentos por meio do teste de log-rank. Todas as análises estatísticas foram realizadas no software R, versão 4.3.2.

Resultados

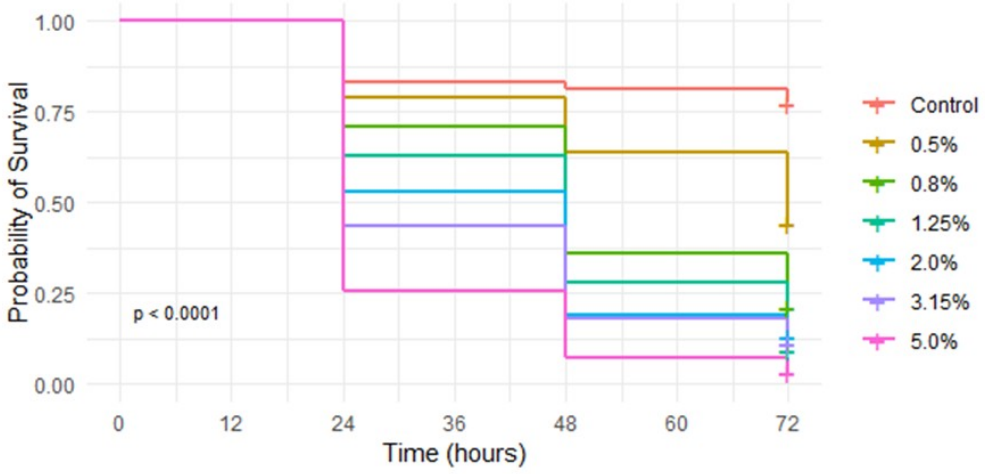
O extrato à base de *Beauveria bassiana* apresentou atividade acaricida dependente da concentração contra fêmeas adultas de *T. urticae*. Com base na mortalidade cumulativa registrada 72 h após a aplicação, a análise Probit estimou valores de CL_{50} e CL_{90} de 0,28% m/v e 2,22% m/v (Fig. 2), respectivamente, com ajuste adequado do modelo (Fig. 1). Na análise de sobrevivência, a mortalidade ocorreu principalmente nas primeiras 24 h após a aplicação direta, atingindo até 75% nas concentrações de 5% m/v (Fig. 1).

Figura 1 – Mortalidade de *T. urticae* em função das concentrações do extrato enzimático de *B. bassiana* e a representação da CL 50 e a CL90.



Fonte: Autores

Figura 2 – Mortalidade de *T. urticae* em função das concentrações do extrato enzimático a partir de *B. bassiana* havendo diferença significativa na mortalidade.



Fonte: Autores

Discussão

Estes resultados podem estar relacionados à relação da *Beauveria bassiana* ser capaz de infectar diretamente a praga através da cutícula (Vertyporokh et al. 2020) a partir da infecção é relatado a relação de enzimas como proteases e lipases que penetram e degradam as cutículas do artrópode praga (Schrank & Vainstein, 2010; Kim et al., 2010). Resultados similares foram observados *em T. urticae* no trabalho de Bernabé *et al*. (2025) em que se aplicou extrato enzimático de *B. bassiana* e observou-se mortalidade significativa e similar ao que é apresentado no projeto.

Além disso, demonstra-se o processo de liofilização, que se trata de um método de desidratação, é eficaz para manter os princípios ativos do extrato. No trabalho de Cortés-Rodríguez et al. (2015 apud Tigreros et al., 2025), é dito que este processo minimiza a perda de compostos bioativos termolábeis nos processos de desidratação. Este resultado é satisfatório tornando o processo de liofilização viável para a conservação do extrato.

Conclusão

Pode-se concluir que o extrato enzimático à base de *B. bassiana* é eficaz no controle de *T. urticae.* E que o processo de liofilização não interfere na ação acaricida da enzima, tornando esta uma alternativa que facilita a comercialização do produto. Estes resultados demostram a eficácia do extrato em ambiente laboratorial

Referências

AGROFIT. Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Coordenadoria Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/DAS. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 6 de setembro de 2026.

ALMEIDA, A. M. B. et al. Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* para o controle de *Cosmopolites sordidus* (Germar, 1824) (Coleoptera: Curculionidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 76, p. 489-493, 2021. Disponível em: https://doi.org/10.1590/1808-1657v76p4892009.

BORGHI, E. J. A. et al. Utilização de fungos entomopatogênicos no controle da cochonilha-da-roseta em cultivos de café conilon. In: SIMPÓSIO DE PESQUISA DOS CAFÉS DO BRASIL, 10., 2019. 2019. Disponível em: http://www.consorciopesquisacafe.com.br/ojs/index.php/SimposioCafe2019/article/view/70.

KIM, J. et al. Correlation of the aphicidal activity of *Beauveria bassiana* SFB-205 supernatant with enzymes. **Fungal Biology**, v. 114, n. 1, p. 120-128, 2010.

MACIEL, G. S. et al. Microencapsulation of *Annona squamosa* L. (Annonaceae) seed extract and lethal toxicity to *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae). **Industrial Crops and Products**, v. 127, p. 251-259, 2019.

MEYER, W. J.; WIEBE, M. G. Enzyme production by the nematode-trapping fungus, *Duddingtonia flagrans*. **Biotechnology Letters**, v. 25, n. 10, p. 791-795, 2003.

MORA, M. A. E.; CASTILHO, A. M. C.; FRAGA, M. E. Fungos entomopatogênicos: enzimas, toxinas e fatores que afetam a diversidade. **Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais**, v. 18, p. 335-349, 2016.

MORO, L. B. et al. Potencial do uso de fungos entomopatogênicos no controle de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em mamoeiro: efeito de cultivares sobre a patogenicidade. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 78, p. 267-272, 2020. Disponível em: https://doi.org/10.1590/1808-1657v78p2672011.

OLIVEIRA, C. A. de. Produção, purificação e caracterização da lipase de *Cylindrocladium pteridis* LPF-59. 2013. 48 f. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) – Universidade Federal de Ouro Preto, Ouro Preto, 2013.

OLIVEIRA, M. T. et al. Sensibilidade de isolados de fungos entomopatogênicos às radiações solar, ultravioleta e à temperatura. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 83, 2016. Disponível em: https://doi.org/10.1590/1808-1657000042014.

PERRESSIM, L. C. D. O. Potencial de ácaros predadores Phytoseiidae no controle do ácaro-rajado, *Tetranychus urticae* (Tetranychidae). 2022.

SCHRANK, A.; VAINSTEIN, M. H. *Metarhizium anisopliae* enzymes and toxins. **Toxicon**, v. 56, p. 1267-1274, 2010.

TIGREROS, J. A.; PARRA-LONDOÑO, S.; OSSA-OSSA, G.; RODRÍGUEZ, E. Impacto de la liofilización sobre carotenoides y fluidez en polvos de frutas tropicales. **Revista Ciencia e Innovación Agroalimentaria de la Universidad de Guanajuato**, v. 7, n. 1, p. 13-27, 2025. DOI: https://doi.org/10.15174/cia.v7i1.152.

TIKHONOV, V. E.; LOPEZ-LLORCA, L. V.; SALINAS, J.; JANSSON, H. B. Purification and characterization of chitinases from the nematophagous fungi *Verticillium chlamydosporium* and *V. suchlasporium*. **Fungal Genetics and Biology**, v. 35, n. 1, p. 67-78, 2002. Disponível em: https://doi.org/10.1006/fgbi.2001.1312.

VERTYPOROKH, L.; HUŁAS-STASIAK, M.; WOJDA, I. Interação hospedeiro-patógeno após infecção de *Galleria mellonella* com o fungo filamentoso *Beauveria bassiana*. **Ciência dos Insetos**, v. 27, n. 5, p. 1079-1089, 2020. Disponível em: https://doi.org/10.1111/1744-7917.12706.

WURLITZER, W. B. et al. *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) em cultivo de lúpulo *Humulus lupulus* L. (Cannabaceae) no Rio Grande do Sul, Brasil: primeiro relato de ocorrência. **Entomological Communications**, v. 3, p. ec03025-ec03025, 2021.

Agradecimentos

Agradeço ao CNPq, FAPES, IFES, e LEAA.